

**RESPUESTA DE HONGOS ANTAGONISTAS BAJO DOS CONDICIONES DE
TEMPERATURA EN UN PASTIZAL (CUENCA DE RÍO BLANCO, CUNDINAMARCA)**



**ANDREA PAMELA CAMACHO BARRERA
SARITA HENAO GRANDA**

**PONTIFICIA UNIVERSIDAD JAVERIANA
FACULTAD DE CIENCIAS
CARRERA DE MICROBIOLOGÍA INDUSTRIAL
BOGOTÁ, D.C
JUNIO DE 2011**

**RESPUESTA DE HONGOS ANTAGONISTAS BAJO DOS CONDICIONES DE
TEMPERATURA EN UN PASTIZAL (CUENCA DE RÍO BLANCO, CUNDINAMARCA)**

**ANDREA PAMELA CAMACHO BARRERA
SARITA HENAO GRANDA**

**TRABAJO DE GRADO
Presentado como requisito parcial para optar el título de
MICROBIÓLOGA INDUSTRIAL**

**AMANDA VARELA RAMÍREZ, Ph.D.
Directora**

**PONTIFICIA UNIVERSIDAD JAVERIANA
FACULTAD DE CIENCIAS
CARRERA DE MICROBIOLOGÍA INDUSTRIAL
BOGOTÁ, D.C
JUNIO DE 2011**

**RESPUESTA DE HONGOS ANTAGONISTAS BAJO DOS CONDICIONES DE
TEMPERATURA EN UN PASTIZAL (CUENCA DE RÍO BLANCO, CUNDINAMARCA)**

**ANDREA PAMELA CAMACHO BARRERA
SARITA HENAO GRANDA**

APROBADO

**AMANDA VARELA RAMÍREZ, Ph.D.
Directora**

**LUIS DAVID GÓMEZ
Microbiólogo, M.Sc.
Jurado**

NOTA DE ADVERTENCIA

Artículo 23 de la Resolución N° 13 de Julio de 1946.

“La Universidad no se hace responsable por los conceptos emitidos por sus alumnos en sus trabajos de tesis. Solo velará porque no se publique nada contrario al dogma y a la moral católica y por que las tesis no contengan ataques personales contra persona alguna, antes bien se vea en ellas el anhelo de buscar la verdad y la justicia”.

TABLA DE CONTENIDO

RESUMEN	6
INTRODUCCIÓN	6
JUSTIFICACIÓN	8
PLANTEAMIENTO DEL PROBLEMA	8
OBJETIVO GENERAL	9
OBJETIVOS ESPECIFICOS	9
MARCO TEORICO	10
MATERIALES Y MÉTODOS	12
RESULTADOS	14
DISCUSION	14
CONCLUSIONES	23
RECOMENDACIONES	23
BIBLIOGRAFIA	23
ANEXOS	31

RESUMEN

Con el fin de comparar dos condiciones de temperatura y la respuesta en densidad y riqueza por parte de hongos antagonistas, y establecer la relación con las variables fisicoquímicas del suelo en un pastizal para ganadería en Cuenca de Río Blanco (Cundinamarca) se tomaron muestras de suelo de dentro y fuera de un dispositivo de policarbonato que retiene el calor en su interior. Se llevaron a cabo dos muestreos en los meses de junio y agosto del año 2010, cada uno constituido por nueve muestras dentro y nueve fuera del dispositivo. Cada una de las muestras se cultivó en Agar Rosa de Bengala y en medio Agar Papa Dextrosa (APD) acidificado para cuantificar la densidad y riqueza de hongos antagonistas. Adicionalmente se determinó el pH, humedad, temperatura, distribución de agregados, materia orgánica, conductividad eléctrica y textura del suelo. Mediante el análisis microbiológico realizado se determinó la densidad de hongos antagonistas en el pastizal y al comparar esta dentro y fuera del dispositivo, no se encontraron diferencias ni tampoco se encontró relación con las demás variables estudiadas. Se identificaron los géneros de hongos antagonistas *Paecilomyces* sp., *Trichoderma* sp. y *Lecanicillium* sp. y no se encontraron diferencias de riqueza entre dentro y fuera del dispositivo. Los análisis fisicoquímicos realizados mostraron como resultados que no hubo diferencias significativas entre dentro y fuera del dispositivo para ninguna variable. Solo se encontró una relación positiva entre la densidad de hongos antagonistas y la humedad del suelo. Se puede concluir que el dispositivo no afectó la densidad de hongos antagonistas en el suelo bajo pastizal, ya que la temperatura dentro y fuera del dispositivo no presentó diferencias significativas al no haber un cambio entre las dos condiciones evaluadas y contar con muestreos en una época lluviosa que generó un alto porcentaje de humedad edáfica. Se recomienda realizar la evaluación con otros grupos funcionales de hongos y revisar el diseño del dispositivo de policarbonato.

INTRODUCCIÓN

Colombia es un país con una gran diversidad biológica y gracias a la elevada tasa de transformación de los ecosistemas, una parte importante de esta se ha perdido. Debido a esto en las zonas terrestres para el año 2010 se adquirió el compromiso de conformar y consolidar un Sistema Nacional de Áreas Protegidas mediante el Convenio de Diversidad Biológica, ya establecido a través de la Ley 165 de 1994, con base en la cual se formuló la Política Nacional de Biodiversidad (SINAP 2010). en los que se encuentran los Parques Nacionales Naturales (PNN) que suman el 11% del territorio con 11'600.000 hectáreas, y en los Resguardos Indígenas (RI) que son dueños del 27% (36'500.416 ha) del territorio nacional (Correa 2010).

Dentro de la Cordillera Oriental de los Andes colombianos se encuentra el PNN Chingaza, la reserva forestal protectora de la cuenca alta del Río Blanco, Cerro Verde - Laguna Verde y Tunjaque, las cuales son áreas protegidas y suelos de protección en el Plan de Ordenamiento Territorial (POT) del municipio de La Calera. En la cuenca del Río Blanco, principalmente dentro de la vereda de Mundo Nuevo se han llevado a cabo proyectos para proteger su infraestructura de la afectación de los impactos del cambio climático, para la planeación y manejo con el fin de mantener el servicio de los ecosistemas, incluido el potencial hidroeléctrico, y modelos de planificación del uso de la tierra, mediante la ejecución del Proyecto Piloto Nacional de Adaptación al Cambio Climático (INAP), con el objetivo de mejorar los agroecosistemas productivos en el Macizo de Chingaza (INAP 2009).

La ciencia contemporánea tiene certidumbre sobre la existencia del efecto natural de invernadero, el cual mantiene la tierra más caliente de lo que sería si este no existiera, y es muy probable que esta tendencia se mantenga en el futuro. Es por esto que se hacen necesarios estudios de los efectos del calentamiento sostenido sobre los ecosistemas, ya que son imprescindibles para poder predecir y responder a los cambios que se avecinan, tanto a escalas grandes como pequeñas; los estudios ecosistémicos frente al calentamiento se han venido realizando por más de 20 años, utilizando una variedad de métodos que consistan en la imitación del entorno que se produciría, frente a los cambios ambientales a los que se iría someter el suelo, sin causar otros daños ni alteraciones adversas dentro del ecosistema (Aronson *et al.* 2009)

Según *The Society of Ecological Restoration* el proceso de restauración está inducido por el hombre para recuperar las condiciones ambientales (vegetación, flora, fauna, clima, agua, suelo y microorganismos) de un ecosistema perturbado. El principal objetivo es generar como resultado un sistema altamente diverso y similar, en cuanto a composición y estructura, al original. Este sistema debe ser auto sustentable no solo en términos ecológicos, sino también sociales, al constituir una fuente de recursos económicos para las comunidades aledañas y al ser explotado por estas de manera racional, garantizando así su conservación. Ante este panorama, uno de los ecosistemas más vulnerables frente al calentamiento global, son los pastizales, ya que el número de especies de animales, plantas y de microorganismos que residen en estas tierras, está disminuyendo de forma preocupante a causa de la gestión inadecuada del suelo y recientemente a la influencia del cambio climático (FAO 2011).

Los pastizales en Colombia están localizados actualmente en el sistema andino y corresponden cerca del 50% del área original del bosque andino. En términos generales este bosque se ha reemplazado por pastizales para ganadería de leche, cultivos de papa, plantaciones y áreas urbanas (Armenteras *et al.* 2003). Los pastizales se han visto afectados debido a la limitación de su persistencia y su alta producción de biomasa, ya que tienen gran susceptibilidad a heladas, las cuales se presentan comúnmente en esta ecorregión durante los meses de enero y febrero, y en julio y agosto en menor proporción. Gran parte del problema son las explotaciones lecheras por su importancia económica en el país, y estas se deben al déficit de materia seca para suplir los requerimientos nutricionales de los animales en el hato, por lo que actualmente se ha promovido el uso de forrajes conservados que permitan aportar un buen volumen de alimento para suplir el déficit en períodos críticos de suministro (Cárdenas 2003). Batjes (2005) plantea que el uso de los agroecosistemas también puede ser empleado para reducir emisiones de CO₂ e incrementar depósitos de C, en la mitigación del cambio climático, pero las opciones con base a esto se deben escoger con el conocimiento de la magnitud de los almacenamientos edáficos de un bioma o región agroecológica, y la respuesta de los suelos a diferentes usos.

En cuanto a la estrecha relación existente entre los microorganismos edáficos y las plantas también esta es altamente sensible a los cambios generados por la transformación de los ecosistemas, ya que en suelos degradados, ocurre un descenso en el número de propágulos de la microbiota del suelo, su diversidad y/o de su actividad; ello se debe a que la planta es la fuerza motriz de la vida microbiana en el suelo, lo cual es fundamental dado que los microorganismos, a su vez, van a compensar a la planta mediante acciones importantes para su crecimiento y nutrición. El deterioro de los sistemas suelo-planta, en cuanto que afecta las relaciones planta-microorganismos, desencadena un círculo vicioso de efectos negativos. Si no hay plantas, se degrada la vida microbiana y si no hay propágulos microbianos, cualquier proceso natural o inducido de revegetación presenta problemas para prosperar adecuadamente (Scholter *et al.* 2003). Por esto, la actividad de los microorganismos es muy importante para la transformación y la vida de los suelos, y estos son frecuentemente

utilizados como indicadores integrales de la calidad del mismo, tanto en ecosistemas naturales como en agroecosistemas (Stenberg 1999). Debido a que existe una dificultad en la identificación y clasificación de muchos microorganismos, la composición de las comunidades microbianas es estudiada de forma frecuente, de acuerdo no a las especies, sino a los grupos funcionales definidos, gracias a sus características fisiológicas y metabólicas (Steneck y Dethier 1994). Luego el estudio de estos grupos funcionales microbianos es una herramienta útil en la identificación de características ecológicas de importancia, ya que participan de manera directa o indirecta, en los procesos que mantienen la calidad, y funcionalidad del suelo, al intervenir con otros organismos, plantas y factores físicoquímicos (Torres y Lizarazo 2006; Lavorel *et al.* 1997).

Por esta razón el objetivo de este estudio fue la comparación de la temperatura sobre la densidad y riqueza de hongos antagonistas del suelo de un pastizal, ubicado en la Cuenca de Río Blanco (La Calera, Cundinamarca) mediante un dispositivo de policarbonato que permitiera aumentar la temperatura del suelo, y adicionalmente determinar si las propiedades físicoquímicas del suelo influyen sobre la densidad y riqueza de este grupo funcional

JUSTIFICACIÓN Y PLANTEAMIENTO DEL PROBLEMA DE INVESTIGACIÓN

De acuerdo a la clasificación e identificación de los microorganismos esta puede realizarse en cuanto a sus características fisiológicas y metabólicas, en las que se distinguen las especies que comparten el estado o nivel de varios atributos, y a la vez conforman un grupo funcional, el cual puede ser definido respecto a su contribución a los procesos ecosistémicos (Díaz y Cabido, 2001). En cuanto a esto los hongos antagonistas juegan un papel importante como grupo funcional, ya que en el mundo biológico existe una interacción continua entre los patógenos potenciales y sus antagonistas, de forma tal que estos últimos contribuyen a que en la mayoría de los casos no se desarrolle alguna enfermedad en las plantas. Algunos de los mecanismos que utilizan estos hongos son antibiosis, competencia por espacio o por nutrientes, interacciones directas con el patógeno (micoparasitismo y lisis enzimática) e inducción de resistencia. En general, los antagonistas no tienen un único modo de acción y esto es una característica importante para su selección como agentes de control biológico. Si el antagonista posee varios modos de acción reduce los riesgos de desarrollo de resistencia en el patógeno (Fernández 2001).

Por su biomasa los hongos son los dominantes en la microbiota del suelo y poseen un amplio rango de funciones, incluyendo la descomposición de la materia orgánica desde los azúcares simples y aminoácidos hasta polímeros muy resistentes como la lignina y complejos de ácidos húmicos del suelo, son simbioses de plantas, patógenos de plantas y animales, oligotrofos e incluso carnívoros (Lynch 1983).

Respecto a que la mayoría de estudios se han centrado en la función ecosistémica sin hacer referencia a las poblaciones microbianas, se tiene que tener en cuenta la gran importancia de los microorganismos en todos los ecosistemas terrestres, ya que estos por su biomasa controlan la tasa de reciclamiento y mineralización de los substratos orgánicos en el suelo, hacen parte de los ciclos biogeoquímicos y múltiples procesos que mantienen el equilibrio dinámico del ecosistema (Mora 2006). En cuanto el cambio climático que se considera como la mayor amenaza ambiental, los microorganismos tienen un alto grado de sensibilidad a los cambios en las variables ambientales y pueden ser especialmente utilizados como indicadores integrales de la calidad del suelo, frente a ese fenómeno (Stenberg 1999).

En los últimos años el aumento de la temperatura ha influido en la pérdida del número de especies de animales, plantas y de microorganismos que residen en las tierras de pastizal a causa de la gestión inadecuada al cambio de usos del suelo y por el cambio climático. Por esta razón el clima es uno de los factores importantes y determinantes en la distribución de la vegetación a nivel global y es importante su estudio, ya que genera diferentes consecuencias sobre las especies y los ecosistemas, por lo que es compleja la labor de predecir los efectos del cambio climático en los agroecosistemas (FAO 2010).

Lo anterior lleva a que se recurran a indicadores biológicos para establecer las consecuencias de dicho cambio ya que, debido a la importancia de la calidad del suelo para el mantenimiento sostenible de su fertilidad y por ende de la productividad, es importante contar con estos indicadores biológicos que permitan evaluar esta condición. Los microorganismos se convierten en una herramienta útil para determinar la calidad del suelo puesto que tienen la capacidad metabólica de responder rápidamente a cambios ambientales generados por prácticas agrícolas, contaminación y áreas perturbadas (Ritz, *et al.* 1994). En cuanto a esto sin que microorganismos como los hongos antagonistas sean estudiados y de acuerdo a su función biológica no se evalúe su densidad, riqueza y sus mecanismos de control contra los patógenos, se vería notablemente la disminución en la calidad de los suelos, gracias al aumento de otras poblaciones, las cuales se consideren perjudiciales para las plantas, en cuanto a los forrajes predispuestos a cualquier afectación ambiental (Jacas, *et al.* 2005).

A la fecha el pronóstico del cambio climático sobre comunidades y en plantas ha sido en su mayoría basada en modelos simplificados de la diversidad y vegetación, debido no solo a la síntesis que se logra a partir de la implementación de los mismos, sino también a la dificultad que implica el trabajo con un gran número de especies (Woodward 1996).

Teniendo en cuenta el alto grado de incertidumbre respecto a las respuestas biológicas bajo el nuevo escenario climático se hace necesario recopilar información en campo, con un sistema de experimentación y monitoreo sobre cambios en la vegetación, para establecer los efectos reales del cambio climático en los grupos funcionales de los ecosistemas.

OBJETIVO GENERAL

- Comparar dos condiciones de temperatura sobre la densidad y riqueza de los hongos antagonistas del suelo de un pastizal para ganadería en Cuenca de Río Blanco, Cundinamarca.

OBJETIVOS ESPECÍFICOS

- Evaluar los cambios ocasionados sobre la densidad de hongos antagonistas del suelo bajo pastizal, por las dos condiciones de temperatura.
- Evaluar cómo cambia la riqueza de hongos antagonistas con el incremento de la temperatura en la zona de estudio.
- Identificar a cuales géneros pertenecen los morfotipos de hongos antagonistas aislados que se encuentran en el suelo.

- Determinar de qué forma las propiedades fisicoquímicas del suelo como pH, porcentaje de materia orgánica, distribución de agregados, conductividad eléctrica y porcentaje de humedad se relaciona con los hongos del pastizal.

MARCO TEÓRICO

Cambio climático. El cambio climático es un fenómeno originado por el aumento de las concentraciones de gases invernadero tales como el dióxido de carbono, metano, óxidos nitrosos y clorofluorocarbonos que hacen que aumente la temperatura del planeta alterando el equilibrio de este (IDEAM 2007). El problema descrito será aún más marcado cuando el aumento de la temperatura y la producción de estos gases sobrepase los límites que causan alteraciones al ambiente y los organismos, ya que estos últimos, que se encuentran adaptados a ciertas condiciones ambientales serían forzados a cambiar sus hábitos por variaciones en su entorno y de esta forma podrían variar drásticamente y cambiar el balance del ambiente de forma que impactará fuertemente en los diferentes ecosistemas del mundo.

Diferentes instituciones en el país (Ministerio del Medio Ambiente, IDEAM, INVEMAR, Ministerio de Salud, INS, entre otros) y grupos de investigación (de la Pontificia Universidad Javeriana, Universidad Nacional de Colombia Bogotá y Medellín, CIAT) se han interesado por el tema y han planteado proyectos que pretenden apoyar las medidas mundiales de mitigación y a desarrollar acciones para la adaptación (IDEAM 2008).

A nivel mundial también se han desarrollado diversos estudios sobre el cambio climático y su impacto. Según la Conferencia sobre Cambio Climático de Bruselas en el 2008 el suelo es un elemento ambiental muy importante a nivel económico e industrial y al mismo tiempo dentro del contexto cambio climático ya que funciona como depósito de carbono orgánico y la pérdida de este carbono causaría problemas agroindustriales, provocaría la erosión del suelo, deterioro en la calidad de este y además influye en la modificación de los patrones de precipitación y aumento de la temperatura media, por ello la concentración de los niveles de dióxido de carbono de la atmósfera aumentarían (Conferencia sobre el Cambio Climático 2008).

Según estudios realizados, el cambio en la temperatura del suelo ocasiona que el carbono orgánico salga del suelo como CO₂, lo que tiene una gran influencia sobre el ciclo del carbono. Además la materia orgánica que sirve como fuente de nutrientes para los microorganismos se descompone en mayor grado debido a la sensibilidad de los componentes de esta y algunas especies deben adaptarse nuevamente a la temperatura de modo que se ven obligados a desarrollar nuevas habilidades y estrategias para utilizar eficientemente la materia orgánica del suelo (Schindlbacher *et al.* 2011). Se sabe que con el aumento de la temperatura la biomasa microbiana no es afectada ya que no hay un efecto marcado sobre el carbono ni el nitrógeno, pero que sí hay una variación significativa sobre la abundancia de grupos microbianos individuales, además de que la actividad metabólica microbiana en términos de respiración del suelo, está fuertemente relacionada con el aumento de la temperatura y se produce un elevado nivel de estrés en los microorganismos (Schindlbacher *et al.* 2011).

El aumento de la temperatura ocasionado por el cambio climático crea problemas en el estado natural de los ecosistemas, afectando de esta forma a los organismos y microorganismos que lo conforman (DAMA 2003). Los problemas principales que pueden presentarse son cambios en la densidad de organismos y microorganismos, lo que se refiere a que puede aumentar o disminuir el

número de individuos que habitan el ecosistema; al mismo tiempo puede afectarse la riqueza y composición de los diferentes (Schindlbacher *et al.* 2011).

El suelo y los microorganismos. El suelo tiene una gran importancia ya que es el lugar en el cual se relacionan distintos organismos edáficos, como por ejemplo los microorganismos los cuales son de gran importancia a nivel de estabilización del suelo porque algunos como los hongos son descomponedores de materia orgánica, degradan moléculas complejas, contribuyen con la estructura del suelo, mejoran la calidad de este y también pueden ser utilizados como controladores biológicos (Ramos 2004). Entre los organismos que habitan el suelo pueden existir diversas interacciones tanto benéficas como antagónicas. Estas últimas se refieren a aquellas que producen un efecto negativo sobre otro individuo, afectando sus funciones, desarrollo o incluso causándole la muerte (Carrillo 2003). Estas interacciones pueden ser de competencia, amensalismo, depredación o parasitismo, las cuales permiten mantener un equilibrio natural en los ecosistemas, como ocurre entre los hongos antagonistas y los hongos fitopatógenos. Estos últimos pueden causar deterioro biológico en las plantas como es el agotamiento de la estructura vegetal, la pudrición de la raíz y la pudrición del tallo entre otras (Cabrera *et al.* 2001).

En el ecosistema suelo habitan numerosas especies de organismos y microorganismos en diferentes cantidad de densidad y de riqueza. La riqueza se define como el número de especies de un taxón dado en un ensamblaje seleccionado (Magurran 2004). Las especies se encuentran en un sitio específico y comparten determinadas características similares entre ellos (Maneyro 2005). La riqueza se calcula mediante la determinación de índices específicos que comprenden el número de especies y el total de los individuos tomados de la muestra y su estimación depende de la estructura de la comunidad (Brower *et al.* 1998). Por su parte la densidad es el número de especies por un área o unidad específica. Para obtener este valor se realiza un conteo de de los morfotipos, los cuales son los taxones que se distinguen por su morfología (Magurran 2004).

Esa riqueza y densidad de especies de microorganismos pueden ser afectadas por las características del suelo, ya que cada especie de microorganismo posee un valor óptimo para cada factor fisicoquímico que influye en su crecimiento o actividad y por lo tanto en el desarrollo de la población, ya que algunos factores producen un estrés sobre los microorganismos, mientras otros exigen una nueva adaptación y un nuevo comportamiento diferente al habitual o se producen cambios químicos y metabólicos (Römbke *et al.* 2006).

Por ejemplo la textura y distribución de agregados del suelo son factores importantes ya que si la superficie del suelo tiene espacios porosos se afecta el comportamiento de las comunidades microbianas, el agua se filtra o a veces se retiene en exceso y no es de fácil acceso para los microorganismos, si hay cambios en la temperatura hay influencia sobre la actividad de algunos microorganismos ya que unos producen biomasa de forma más rápida y efectiva como los hongos, otros presentan tasas metabólicas más elevadas o más bajas y algunos presentan diferentes niveles de estrés (Schindlbacher *et al.* 2011).

Además la comunidad microbiana del suelo es altamente dependiente del valor de pH, creciendo unas especies en condiciones ácidas como los hongos que crecen en un rango de pH de 2.0 a 9.0, aunque se desarrollan mejor entre 5.0 y 6.0, otros grupos como las bacterias se desarrollan mejor a pH neutro, entre 6,0 y 7,0, mientras que hay otros grupos favorecidos por condiciones alcalinas (Pommerville 2004), además de que por parámetros fisicoquímicos muchos de los componentes del suelo como los minerales, materia orgánica, biomasa y exudados radiculares que sirven como fuente de nutrientes, pueden cambiar perdiéndose, aumentando o disminuyendo, degradarse u oxidarse, de modo que no son de fácil acceso para los microorganismos o no pueden metabolizarse

de la misma forma, de esta manera, los microorganismos perderían su fuente nutricional para realizar todas sus funciones (Ramos 2004).

Adicionalmente otras características del suelo como la temperatura también influyen en la riqueza y densidad de microorganismos, ya que hay especies que se desarrollan a una temperatura entre 20 y 25°C y otras que lo hacen mejor a menores temperaturas, aunque el rango de temperatura para microorganismos mesófilos está entre 15-45°C (Pommerville, 2004). La humedad relativa también es muy importante ya que algunos hongos, en ambientes con 85% de humedad relativa, pueden desarrollar la máxima actividad y otros requieren una humedad relativa menor, mientras se ha mostrado que la humedad óptima para hongos es una mayor al 90% (Godoy *et al.* 2007). La aireación y el balance hídrico determinan que haya microorganismos aerobios y otros anaerobios (Fassbender 1987).

Cada ecosistema del planeta tiene una función específica al albergar diversa cantidad de organismos y microorganismos y, el pastizal es uno de ellos. Un pastizal es una región ecológica cuya vegetación consiste en hierbas y matorrales en su mayoría, cuenta con un clima templado y es apropiada como alimento para el ganado. Estos pastizales corresponden a 3400 millones de ha que cubren cerca del 30% de la superficie terrestre libre de hielo y suponen el 70% de las tierras agrícolas (Neely 2009). Los pastizales pueden desempeñar un papel clave a favor de la adaptación y la reducción a la vulnerabilidad al cambio climático de más de mil millones de personas que dependen de la ganadería para vivir; adicionalmente, los pastizales cuentan con el potencial para absorber del CO₂ y almacenarlo, de modo que pueden limitar el cambio climático (FAO 2010).

MATERIALES Y MÉTODOS

Zona de estudio. Se ubicó un experimento en la vereda Mundo Nuevo, Sector San José, del municipio de La Calera (Cundinamarca- Colombia). Esta zona corresponde a una zona de alta montaña tropical, ubicada en la cuenca de río Blanco. Esta cuenca incluye una de las principales corrientes hídricas del Páramo de Chingaza, ubicado al oriente de Bogotá. La pluviosidad en esta cuenca tiene un régimen monomodal, con valores medios multianuales que oscilan entre 1500 y 1700 mm, en la cual durante mayo y agosto se precipita cerca de 60% del total anual, siendo después el período lluvioso comprendido entre abril y septiembre, con valores del orden de 200 a 250 mm/mes. La temperatura presenta un comportamiento bimodal inverso al de la precipitación de alrededor de 13°C, con una variación mínima entre el mes más cálido y el más frío y en cambio, una variación térmica diaria alta que puede alcanzar 25 °C en los meses de diciembre a febrero, los cuales corresponden a época seca y 13 °C en los meses de junio a agosto que son las épocas de lluvia (Castellanos *et al.* 2011). El comportamiento de la humedad relativa sigue a un régimen inverso al de la temperatura con un valor medio multianual de 82.5% y con valores máximos mensuales que llegan al 95% y mínimos mensuales que bajan al 65% (Betambiental, 2005). En la zona hay aproximadamente 1.386 ha para pastos limpios, 7.669 ha para pastos y cultivos, 4.279 ha para cultivos y 3.217 de pastos con espacios naturales.

Muestreo. Para este experimento se requirió que la temperatura del suelo aumentara, lo que se hizo colocando nueve dispositivos de policarbonato de estructura piramidal de 40x50x60 cm, los cuales se ubicaron a más de 50 m de separación entre sí, de una forma aleatoria sobre el suelo, en un pastizal para ganadería, cinco meses antes de tomar la primera muestra. El área adyacente a cada uno de estos se consideró como control, delimitando un área de tamaño similar para comparar con el efecto de aumento de temperatura. Se realizaron dos muestreos durante en época lluviosa, con un

intervalo de dos meses entre uno y otro, tomando la temperatura en campo del suelo dentro y fuera del dispositivo. Las muestras de suelo se recolectaron con ayuda de un barreno a una profundidad de 20 cm y se guardaron en bolsas de cierre hermético para ser transportadas al laboratorio a una temperatura de 4°C para su procesamiento.

Procesamiento de muestras. Se pesó la cantidad de suelo correspondiente a 10 g de peso seco de la muestra y se suspendió en 90 ml de solución salina al 0,85 % p/v. Luego se realizaron diluciones hasta 10^{-3} y posteriormente se sembraron en profundidad, por triplicado, en los medios selectivos Agar Papa Dextrosa acidificado (PDA) y Agar Rosa de Bengala, con antibiótico. Los medios de cultivo se incubaron a una temperatura de 15°C por 8 días y posteriormente se realizó el recuento de la densidad de hongos viables para cada muestra expresada como UFC/g de suelo, determinando los morfotipos y géneros de hongos antagonistas (Barnett, 1987; Domsch, 1980) mediante la identificación con base en características micro y macroscópicas de las colonias realizando una conservación de las cepas en agua y papel. Para la determinación de riqueza se calculó el índice α de Williams de los géneros de hongos antagonistas encontrados en el pastizal utilizando el programa Past.

Determinación del pH. Se tomó una fracción de cada muestra de suelo y se midió el pH suspendiendo la muestra en agua desmineralizada con una relación 1:1 p/v agitándola en un agitador orbital durante cinco minutos, para luego dejarla reposar media hora y después se tomó el dato con ayuda de un potenciómetro (Andrades, 1996).

Determinación del porcentaje de humedad. El porcentaje de humedad del suelo se determinó pesando 5 g de cada muestra de suelo y depositándolo en una bolsa de papel debidamente pesada para luego ser colocada en horno de secado a 80°C durante 48 h, luego de las cuales se volvió a pesar para conocer el porcentaje de humedad a partir de las fórmulas descritas por Andrades (1996) y Pikul (2003).

Determinación del porcentaje de materia orgánica. Se determinó la cantidad de materia orgánica de cada muestra de suelo utilizando el método de pérdida de peso por ignición a partir de las formulas descritas por Faithfull (2005), en el cual se tomó una fracción de la muestra molida y seca y se calcinó a 550°C durante 2 h. Después de dejar enfriar por una hora y se procedió a pesar la muestra.

Determinación de la distribución de tamaños de agregados. Se estimó la distribución del tamaño de los agregados del suelo tomando una muestra de suelo y secándola a 25°C durante 48 h, para luego colocarla en la parte superior de una torre de tamices de (1.180 μm , 600 μm , 300 μm y 53 μm) en los que pasados 5 minutos se tomó la fracción de suelo encontrada en cada uno de estos (Cavazos, 1992).

Determinación de la conductividad eléctrica. Se tomó una fracción de cada muestra de suelo para medir la conductividad eléctrica suspendiéndolas en agua destilada, agregando el peso equivalente a un volumen de 30 ml a un frasco de 100 ml para luego tomar el dato con ayuda de un conductivímetro (Andrades 1996; USDA 1999).

Determinación de textura. Se usó el método de Bouyoucos descrito por Cooper (1982) y Norambuena *et al.* (2002), para el que se tomaron 25 g de la muestra y se dejó secar a 28° C durante 24 horas; luego se suspendió en 5 ml de solución dispersante y 60 ml de agua destilada dejando reposar la mezcla durante 24 h. Se realizó la lectura de densidad con el hidrómetro correspondiente

a la lectura N^o 1 y luego de transcurrida 1 h se tomó una segunda lectura para luego determinar los porcentajes de arena, limo y arcilla en cada una de las muestras.

Análisis estadísticos. Se realizaron análisis estadísticos para determinar si el aumento de la temperatura provoca cambios respecto a propiedades fisicoquímicas de las muestras y en la densidad de hongos antagonistas. Se usó la prueba de Shapiro-Wilks para evaluar si los datos presentaban o no una distribución normal y luego la prueba de Levene para determinar si los datos presentaban homogeneidad de varianzas. Se usó una prueba *t* de Student para determinar si existían diferencias significativas entre los tratamientos de dentro y fuera del dispositivo de policarbonato. Adicionalmente se utilizó una prueba de correlación de Pearson que permitió determinar si las variables fisicoquímicas tenían relación con la densidad de hongos antagonistas. Para todos los análisis estadísticos se usó el programa SPSS Statistics 17.0 y se trabajó con un nivel de significancia de 0,05.

RESULTADOS Y DISCUSIÓN

De acuerdo a la medición de la densidad de los hongos antagonistas en la dilución 10⁻³ se obtuvieron densidades de 3,55± 1,65Log₁₀ UFC/g en la condición dentro y 2,75±1,64 Log₁₀ UFC/g fuera del dispositivo de policarbonato, para Agar Rosa de Bengala y para el medio Papa Dextrosa Agar acidificado (APD) se obtuvieron densidades de 3,19± 1,12Log₁₀ UFC/g en la condición dentro y de 3,41±1,42 Log₁₀ UFC/g para la condición fuera del dispositivo (Figura 1). No se encontraron diferencias entre la densidad de hongos antagonistas dentro y fuera del dispositivo de policarbonato en ninguno de los medios de cultivo: *t*= 1,70, *P*=0,10, para Rosa Bengala y *t*= -0,75, *P*=0,45, para PDA.

Debido a que la época climática en la que se tomaron las muestras fue de alta pluviosidad, esto pudo afectar los recuentos o densidad microbiana, ya que el agua ejerce un efecto sobre factores ambientales como la temperatura del suelo, humedad y pH, los cuales terminan influyendo de manera importante en la actividad microbiana. Por ejemplo, en cuanto a la temperatura, los hongos crecen mejor en rangos de 15 a 25°C (Sánchez 2007); sobre las condiciones de alta humedad, estas pueden favorecer a la germinación de los hongos, pero también, si se sobre pasan podrían crear condiciones anaerobias, lo que es una limitante importante para el desarrollo de sus procesos metabólicos (Alexopoulos 1996); y en cuanto al pH, los hongos se desarrollan mejor a un pH ácido, aunque los antagonistas se desarrollan mejor en suelos con pH alcalino puesto que utilizan la acidificación como control biológico (Alexopoulos 1996).

En cuanto al agua es importante resaltar que para los microorganismos del suelo esta puede favorecer el transporte y la disponibilidad de nutrientes para el crecimiento de estos, siempre y cuando el nivel de agua no sobrepase la capacidad de campo creando condiciones anoxigénicas (Steubing *et al.* 2002).

Por otro lado, en este estudio la identificación de los hongos recuperados en los dos medios de cultivo se realizó en búsqueda de hongos antagonistas, para esto se seleccionaron morfotipos de características macroscópicas semejantes. Por consiguiente también se observaron algunos no pertenecientes al grupo de hongos antagonistas pero que son habitantes de este suelo como: *Geotrichum* sp., *Acremonium* sp., *Penicillium* sp., *Metarhizium* sp., y *Mucor* sp. Respecto a esto, se puede apreciar que los hongos en cuanto a su presencia en el suelo, pueden cumplir diversas funciones; desde el punto de vista ecológico, su principal papel es la descomposición de la materia

orgánica, desde los azúcares simples y aminoácidos hasta polímeros muy resistentes como la lignina y complejos húmicos del suelo. Gracias a su gran tolerancia a la acidez comparada con la de las bacterias heterótrofas, la descomposición de la materia orgánica en suelos ácidos en su mayoría es realizada por hongos. También su papel como simbioses, específicamente en micorrizas, es de gran importancia para el desarrollo de plantas en cuanto a su función en la toma de nutrientes, resistencia a enfermedades y relaciones hídricas favorables, estos son patógenos de animales y plantas, oligótrofos y controladores biológicos del suelo; algunos reportados son *Glomus*, *Trichoderma*, *Penicillium*, y *Fusarium* (Alexander 1980; Lynch 1983; Parkinson y Coleman 1991; Killham 1994).

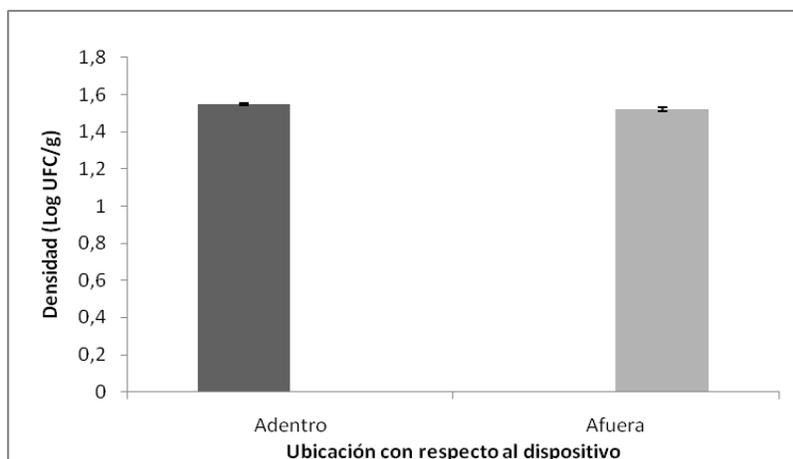


Figura 1. Promedio \pm desviación estándar de la densidad de hongos antagonistas considerando los medios de cultivo Rosa de Bengala y PDA para la condición de dentro y fuera del dispositivo.

Riqueza de géneros de hongos antagonistas. De los morfotipos de hongos antagonistas se identificaron los siguientes géneros: *Paecilomyces* sp., *Trichoderma* sp. y *Lecanicillium* sp., En cuanto a esto, los hongos antagonistas que se resaltan como controladores biológicos de fitopatógenos en suelos son *Trichoderma* sp. y *Lecanicillium lecanii*.

La riqueza de los hongos antagonistas se obtuvo mediante el índice α de Williams para las dos condiciones de temperatura evaluadas, encontrando que no existen diferencias significativas para la riqueza de hongos antagonistas fuera y dentro del dispositivo de policarbonato ($t=-0,32$, $P=0,75$) y obteniendo un promedio de riqueza en el pastizal para la condición de dentro del dispositivo de $1,99 \pm 0,85$, mientras que para la condición de fuera del dispositivo es $1,89 \pm 0,68$ (Ver Figura 4.).

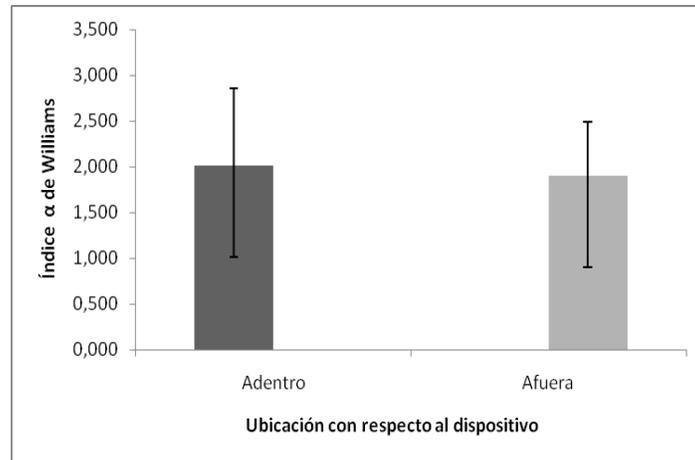


Figura 4. Comparación del promedio \pm desviación estándar de la riqueza para las dos condiciones de dentro y fuera del dispositivo de policarbonato, considerando los dos medios de cultivo evaluados.

Con la determinación de esta riqueza, se encontró que el género de hongos antagonistas que predominó fue *Paecilomyces* sp. (66,5%), sobre *Trichoderma* sp. (16,9%) y *Lecanicillium* sp. (16,5%). Esto se explica debido a que *Paecilomyces* sp. actúa como un buen colonizador de raíz y competidor de rizósfera ya que se encuentra cerca del primer horizonte del suelo, de donde las muestras se recogieron, a esto se le puede atribuir su riqueza en el suelo (Trigos *et al.* 2005).

Los hongos del género *Paecilomyces* son habitantes comunes en la rizósfera del suelo y se han encontrado en ella generalmente debido a que los exudados radicales y detritos vegetales de las plantas, proveen el sustrato energético necesario para el desarrollo del hongo. Adicionalmente el suelo de estudio contaba con una humedad alta y un alto contenido de materia orgánica, lo cual mejora su estructura e incrementa la disponibilidad de los sustratos metabolizables, lo que da como resultado, que se eleve la densidad y riqueza de microorganismos descomponedores como los hongos de este género (Vera *et al.* 2002).

En general en los suelos bajo pastizal existen densidades más bajas de grupos funcionales de microorganismos, a diferencia de los suelos bajo bosque (IGAC 1993), debido posiblemente a que los bosques poseen una alta diversidad vegetal, ofreciendo una diversa gama de sustratos que favorecen la riqueza de microorganismos mas no la densidad, a diferencia de los suelos manejados intensivamente por el hombre como los cultivos o pastizales para ganadería. Así lo demuestra un estudio reportado por el Instituto Agustín Codazzi (IGAC 1993) durante la evaluación de la distribución de las poblaciones de hongos, actinomicetos y bacterias, bajo diferentes usos de la tierra en el departamento de Caquetá. La literatura citada describe que los suelos de bosque presentaron el índice más alto de diversidad y de riqueza biológica, mientras, que para suelos cultivados y de otros usos, la riqueza es menor.

Factores influyentes son el cambio de uso de bosques a pastizales ya que disminuye los contenidos de carbono en el suelo, debido a aumentos de temperatura que aceleran los procesos oxidativos de compuestos orgánicos. También prácticas tradicionales como quemas, labranza convencional y disturbios en los ecosistemas como el desmonte y disturbio del suelo aumentan la actividad microbiana y los procesos oxidativos. Al pasar de bosques a pasturas se pierde considerable cantidad de carbono edáfico, siendo mayor la pérdida en pasturas degradadas, en donde se ha estimado que se reduce el contenido de carbono cerca del 20%. Esta disminución del contenido de

carbono orgánico del suelo, conduce a pérdida de fertilidad, por lo que la riqueza de hongos podría disminuir en la zona (Mahecha 2002).

Las coberturas altamente intervenidas por el hombre (pastizal, cafetal con y sin sombrío y cebolla) crean condiciones microclimáticas específicas que favorecen o no, el aumento en la riqueza microbiana. También las variables fisicoquímicas analizadas influyen en el comportamiento de las poblaciones microbianas edáficas siendo el pH la variable que ejerce la mayor influencia. Por otra parte, la época climática también ejerce un efecto en la densidad y riqueza microbiana provocando un aumento en época de lluvia (IGAC 1993).

Aun así es común encontrar riqueza de microorganismos en los suelos bajo pastizal, ya que según investigaciones realizadas, la diversidad de géneros y especies es algo muy importante en los sistemas silvopastoriles y en praderas como los pastizales, puesto que en estos ecosistemas habitan una gran cantidad de microorganismos como los hongos, debido a la mayor presencia de materia orgánica en el suelo y a el microclima (humedad y temperatura) creado por la presencia de plantas, lo que favorece la actividad biológica de los microorganismos, lo cual resulta en una mayor mineralización y disponibilidad de nitrógeno en el suelo (Mahecha 2002).

En cuanto a la influencia de factores fisicoquímicos como la humedad y el pH , sobre la actividad microbiana se ve reflejada en el hecho de que en un suelo con pH ácido, se pueda dar la ausencia de competencia microbiana por las reservas de carbono orgánico (Lilo 2000). En cuanto, a la materia orgánica esta es incorporada paulatinamente al suelo por la acción de algunos organismos, contribuye a mejorar la estabilidad del suelo y la capacidad de infiltración de agua, razón por la cual se han encontrado los géneros de hongos, reportados en el presente estudio, ya que en el pastizal, encuentran condiciones óptimas para su crecimiento y desarrollo (Mahecha 2002). Mientras que la humedad influye fuertemente en cantidad de oxígeno disponible, lo cual tiene un gran impacto metabólico en los microorganismos para llevar a cabo los procesos de respiración y en algunos casos de fermentación (Fassbender 1987).

Lo descrito anteriormente se apoya con otro estudio realizado en Cuba, en dos sistemas de producción lechera y lechería en monocultivo de *Cynodon nlemfuensis* (Hierba estrella), se encontró una mayor cantidad y riqueza de organismos en el suelo en los sistemas que tenían forrajes en comparación con el monocultivo (Sánchez 1998). De igual forma, en otro estudio realizado en un sistema de pradera, se encontró un mayor contenido de hongos y lombrices comparado con un monocultivo (Velasco *et al.* 1999).

Otro género encontrado es *Trichoderma* el cual juega un papel muy importante, ya que muestra una gran efectividad como biocontrolador de patógenos de plantas, en especial al llevar a cabo una supresión natural sobre *Rhizoctonia solani* y sobre otros patógenos atacando el micelio de estos mediante la secreción de enzimas degradadoras de pared celular y la producción de diversos antibióticos que sirven para ejercer el efecto biocontrolador (Chet *et al.* 1981). *Trichoderma* es antagonista de patógenos hortícolas como *Sclerotinia* o *Rhizotocnia* en suelos ricos de materia orgánica y con gran diversidad biológica, este suele presentarse de forma natural frente al fitopatógeno *Botrytis* (Ramos 2004).

En Colombia se ha estudiado el hongo *Trichoderma harzianum*, debido a que este se utiliza como biocontrolador de otros hongos, principalmente *Fusarium* el cual ataca los cultivos de arroz y cultivos tropicales como maracuyá (Suárez *et al.* 2008). Además se ha trabajado sobre su importancia en el cultivo de flores a nivel mundial ya que este hongo antagonista estimula el

crecimiento y florecimiento de plantas ornamentales, aumentando la altura de esta, el número de hojas y de flores (Soto *et al.* 2002).

En la industria de flores el mecanismo de acción de los hongos antagonistas es clave, ya que se reduce el tiempo del florecimiento en las plantas, lo que hace que halla más productividad, esto debido a que ejercen su acción antagonica sobre los microorganismos patógenos, y además realizan la conversión de nutrientes que pueden tomar estas plantas (Soto *et al.* 2002).

En los estudios desarrollados se observa que los hongos del género *Trichoderma* ejercen mecanismos para el control biológico mediante la competencia por nutrientes, producción de metabolitos antifúngicos, enzimas hidrolíticas, micoparasitismo y la producción de sustancias promotoras del crecimiento vegetal, estos metodos de acción antagonica son fuertemente influenciados por las condiciones ambientales y las condiciones del suelo (Suárez *et al.* 2008).

En la Sabana de Bogotá se han relizado algunos estudios sobre la actividad microbiana del suelo y su relación con las plantas, debido a que hay gran abundancia de bacterias y de hongos, que realizan la descomposición de la hojarasca, lo que permite el ciclaje de elementos vitales para el crecimiento y desarrollo de las plantas y la formación del suelo, pudiendo ver de esta forma la importancia de los hongos y los microorganismos (Varela *et al.* 2004). En otros estudios sobre hongos en la Sabana de Bogotá, se encuentra la importancia sobre cultivos de algunas plantas en invernaderos, la utilización de inóculos de hongos para aumentar su productividad y algunas enfermedades en plantas ocasionadas por hongos fitopatógenos (Rabón 2001). Pero no se referencian en la mayoría cual es la importancia en la que se relacionan los hongos antagonistas en el suelo.

Parámetros fisicoquímicos del suelo. En cuanto a las variables fisicoquímicas, estas son muy importantes a tener en cuenta, ya que los microorganismos poseen un valor óptimo para cada factor fisicoquímico, que influye en su crecimiento o actividad y afectan el desarrollo de la población total (Matus *et al.* 2000).

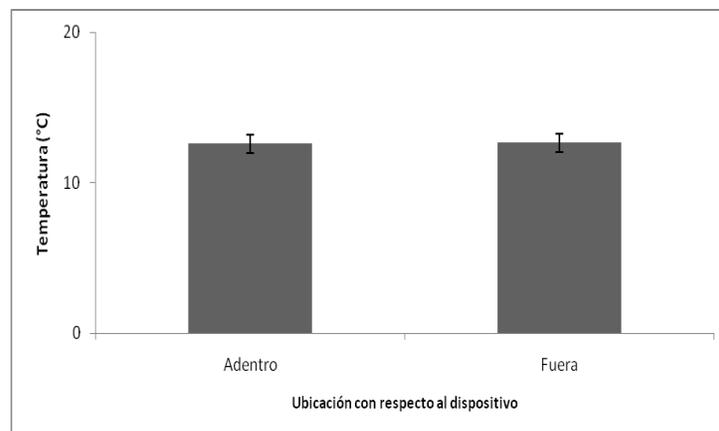


Figura 2. Comparación del promedio \pm desviación estándar de las dos condiciones de temperatura dentro y fuera del dispositivo de policarbonato.

Dentro de los parámetros fisicoquímicos evaluados se realizó la comparación de los cambios de temperatura dentro y fuera del dispositivo de policarbonato (Figura 2), obteniendo como resultados

que no se encontraron diferencias entre las dos condiciones temperatura evaluados en los muestreos ($t=-0,27$, $P=0,78$), ni relación con la densidad de hongos antagonistas (Agar Rosa de Bengala: $r=0,313$ $P=0,063$; PDA: $r=-0,003$ $P=0,987$). Que no se haya encontrado esta relación probablemente se debe a que la diferencia de temperatura entre dentro y fuera del dispositivo fue muy pequeña para los dos meses de muestreo y la condición de época climática lluviosa.

Uno de los mecanismos de biocontrol de los hongos antagonistas es la secreción de sustancias químicas y de enzimas, además de la elongación de hifas las cuales actúan mediante una estimulación, y un cambio en la temperatura puede ocasionar modificaciones de estos compuestos haciendo que estos mecanismos no tengan la misma efectividad; dependiendo del mecanismo antagonista del hongo y los cambios de temperatura la acción biocontroladora puede ser disminuida o suprimida (Sánchez *et al.* 2007).

De dichos mecanismos de acción los más influenciados por las propiedades fisicoquímicas del suelo son la secreción de enzimas, producción de compuestos inhibidores, competencia, colonización agresiva por sustratos y una mayor velocidad de crecimiento; estos mecanismos pueden llegar a ser fuertemente afectados por los factores externos en especial el pH, la humedad y la temperatura, ya que la mayoría de estos mecanismos se basan en interacciones químicas específicas entre compuestos para fitopatógenos específicos y la interacción de células con los componentes extracelulares del ambiente (Infante *et al.* 2009).

Las cepas antagonistas responden mejor a concentraciones bajas de iones y de salinidad, a un pH de 5,0 y a una temperatura dentro del rango de 10 a 37°C, lo que quiere decir que pueden crecer a cualquier temperatura dentro de dicho rango, pero estas propiedades no son limitantes de su función como controladores biológicos; aun así una mejor acción es ejercida a una temperatura de 28°C y a un rango de pH entre 5,5 y 6,0 (Escobar *et al.* 2004).

Los muestreos se realizaron en época de lluvia por lo que posiblemente se puede pensar que es una razón para que el cambio de temperatura del suelo dentro y fuera del dispositivo de policarbonato no fue muy significativo, ya que se puede presumir que debido a que la lluvia aumenta la humedad del suelo la cual queda atrapada dentro del dispositivo y se condensa impidiendo el aumento de temperatura. Por ello se sugiere estudiar esto llevando a cabo una medición de la temperatura y humedad dentro y fuera del dispositivo de manera continua, para ver si esto permite detectar los cambios de temperatura dentro y fuera del dispositivo, que fueron tan pequeños.

Por otro lado, el suelo de pastizal de la zona correspondió a un suelo de textura arenoso franco. Estos suelos con mayor porcentaje de arena no retienen iones ni enzimas, pero pueden contribuir a la formación de espacios porosos que pueden relacionarse con los microorganismos, ya que si los nutrientes y el agua se filtran a través del suelo, los microorganismos no pueden tomarlos para su crecimiento y el desempeño de sus funciones (Burges 1971; Fassbender 1987; Gonzáles *et al.* 2004;).

Los componentes principales del aire en el suelo son los mismos que los del aire en la atmósfera: nitrógeno, oxígeno, dióxido de carbono, vapor de agua y los gases inertes, pero la diferencia fundamental entre uno y otro se presenta en que debido a la respiración de los componentes biológicos del suelo, en el primero aumenta la concentración del CO₂ y se reduce la del oxígeno. En condiciones aeróbicas el volumen de CO₂ producido es aproximadamente igual al volumen de oxígeno gastado en estas condiciones. El intercambio con la atmósfera depende, en alto grado de la textura del suelo; así mientras en los suelos de textura fina como los arcillosos, el CO₂ se acumula según la profundidad, en los de textura gruesa hay poca variabilidad. Luego para una textura

arenoso franco, el contenido de oxígeno en el suelo varía muy poco con la profundidad debido al intercambio rápido entre el aire atmosférico y el de este suelo (Boynton 1938).

Dentro de las variables fisicoquímicas, se evaluó el porcentaje de materia orgánica presente en el suelo. En estudios se ha establecido que para suelos de pradera el porcentaje óptimo está entre 5 y 6% de materia orgánica (Kiirschbaum 1995). En cuanto al estudio se obtuvo un porcentaje de materia orgánica entre 30 y 40% en una época climática lluviosa.

Los suelos con mayor contenido de materia orgánica son los desarrollados en condiciones de exceso de agua, ya que la materia orgánica tiene la capacidad de retener la humedad, y determina la estabilidad de agregados, afectada por el impacto de la lluvia sobre el suelo por lo que la retención de humedad en los macroagregados del suelo es mayor (Kiirschbaum 1995).

Aun así esto no explica que el porcentaje de materia orgánica obtenido en el análisis, sea superior en comparación con otros estudios realizados. Según una comparación realizada sobre métodos para la determinación de materia orgánica, el método de pérdida de peso por ignición que fue el utilizado en este estudio, es un método que determina la materia orgánica total y no discrimina formas de carbono fuertemente condensadas como sí ocurre con el método de combustión húmeda de Walkley-Black (La Manna *et al.* 2007)..

El porcentaje de materia orgánica obtenido es mayor dependiendo de la técnica utilizada, adicionalmente a temperaturas mayores a 500°C como la utilizada para la determinación por pérdida de peso por ignición, puede implicar importantes errores en la determinación por pérdidas de dióxido de carbono de los carbonatos, agua estructural de los minerales de arcilla, oxidación del ión ferroso, descomposición de sales hidratadas y óxidos, además se pueden producir muchos errores de medición por higroscopicidad y el contenido de sales y se depende del horizonte del suelo que se ha tomado para realizar la determinación (La Manna *et al.* 2007).

El método de combustión húmeda determina sólo una parte del carbono orgánico, discriminando las formas condensadas y excluyendo en un 90 a 95% el carbono elemental y dado que la oxidación de la materia orgánica que se logra es incompleta se utiliza un factor de corrección que puede variar de acuerdo al tipo de suelo y al horizonte considerado, por lo que la medición es más precisa a diferencia que el método utilizado en este estudio, pudiendo suponer que los resultados obtenidos en cuanto al porcentaje de materia orgánica para el suelo de pastizal se deban a un error en la técnica y la falta de precisión en esta, por lo que es recomendable utilizar métodos de determinación más precisos como el de combustión húmeda de Walkley-Black (La Manna 2007).

Aunque no se presentaron diferencias entre las condiciones evaluadas, hay posiblemente cambios en las interacciones con otros microorganismos, por esto sería necesario la realización de estudios específicos, que evaluaran la interacción de los hongos antagonistas frente a otros microorganismos del suelo como son los hongos fitopatógenos, ya que según investigaciones se ha observado *in vitro* sobre cepas de *Trichoderma harzianum*, *Gliocladium* y algunas especies de *Fusarium* saprobios, que son sensibles a condiciones del entorno, que influyen no sólo en su crecimiento y acción antagónica, si no que se ha encontrado que las variables fisicoquímicas pueden ser limitantes en el crecimiento de estas especies o en el mecanismo antagónico ejercido (Escobar *et al.* 2004).

Todas las variables fisicoquímicas se comportaron de manera similar en cuanto a que no presentaron diferencias en la comparación entre dentro y fuera del dispositivo de policarbonato (Anexos, Tabla 1).

Según el Plan de Ordenamiento Territorial de La Calera el suelo de esta zona es un suelo con alto contenido de minerales y agregados constituidos por arenisca (POT Municipio de La Calera 1999).

Este es un suelo de alta montaña con un pH que debe estar entre 4,5 y 5,5. Según lo reportado geomorfológicamente para estos suelos, se ha establecido que presentan un alto contenido de aluminio, además de tener una alta capacidad de intercambio catiónico, adicionalmente, suelos con un contenido de materia orgánica entre media y alta y que presentan baja saturación de bases, además de tener bajos contenidos de calcio, magnesio, potasio, fósforo y en general baja fertilidad; con permeabilidad lenta, baja circulación de aire y alta capacidad de retención de humedad (POT Municipio de La Calera 1999).

Según la información anterior sobre las características de este suelo y comparándola con los resultados obtenidos de las pruebas fisicoquímicas realizadas, las variables evaluadas se encuentran dentro de las especificaciones para la zona y los valores de pH están en un promedio de 5,6, lo que explicaría que no afecte la densidad de hongos antagonistas (Sánchez 2007). Con respecto a los resultados obtenidos en el estudio referentes a la temperatura, la conductividad eléctrica y el pH del suelo bajo pastizal, estos parámetros se encuentran con un rango de pH entre 5,0 y 6,0, una conductividad eléctrica en un rango aproximado de 0,03 a 0,04 dS/m y una temperatura de 12 y 14°C fuera y dentro del dispositivo.

De las variables fisicoquímicas evaluadas en este trabajo como la distribución de agregados, es importante destacar que la estabilidad de agregados y estructura del suelo, está bajo la influencia indirecta del pH y de la conductividad eléctrica, ya que debe de existir en el suelo una cubierta iónica que permita el intercambio de iones; al predominar en el suelo elementos como el Ca ocurre una floculación adecuada del suelo, por lo que hay una buena formación de agregados como resultado de actividad biológica. Los porcentajes de distribución de agregados del suelo de pastizal, mostraron que hay una mayor distribución de macroagregados por lo que se puede suponer el suelo presenta una estructura estable que permite la actividad biológica (Fassbender 1987; Steubing *et al.* 2002).

En cuanto a la importancia de la evaluación de la conductividad eléctrica del suelo, es gracias a los efectos de la salinización, puesto que pueden ser muy graves, tanto en términos económicos, sociales como en los organismos y microorganismos (Steubing *et al.* 2002).

La salinidad se mide, comúnmente en términos de conductividad eléctrica (CE), según el manual de suelos N° 60 del Departamento de Agricultura de los EE.UU, un suelo con una conductividad eléctrica mayor de 2 ds/m son considerados salinos, y las condiciones favorecen la acumulación de las sales cuando la precipitación anual es menor a 400 mm. En cuanto a esto, el aumento de los niveles de sal en las capas superiores del suelo pueden afectar negativamente al crecimiento de las plantas y la productividad hasta el punto de producir la muerte de la planta (Benavente *et al.* 2005).

Concentraciones altas de diferentes sales (por ejemplo, el cloruro de sodio, los sulfatos de calcio y/o magnesio, y los bicarbonatos) afectan el crecimiento de la planta tanto directamente, por su toxicidad como indirectamente, aumentando el potencial osmótico y dificultando la absorción de agua por la raíz, al igual que en los microorganismos en los cuales se rompe el balance osmótico por altas concentraciones de sales en el entorno, ocasionando la muerte (Pommerville 2004).

En este estudio se obtuvo una conductividad eléctrica en un rango entre 0,03 a 0,04 dS/m, lo que clasifica como poco salino o con una salinidad normal, ya que es menor a 2 ds/m. esto se podría

atribuir a que la época donde se tomaron las muestras, fue de lluvia, ya que fue durante mayo y agosto donde se precipita cerca del 60%. Por tanto se podría estimar que si hay un exceso de agua en este suelo, puede equivaler a un lavado del mismo, evitando así su salinización (Benavente *et al.* 2005).

El desarrollo de este estudio ha permitido observar que en este caso no existe una relación de las variables fisicoquímicas evaluadas con la densidad de hongos antagonistas del suelo bajo pastizal (ver Anexos, Tabla. 1) y que tampoco existen diferencias entre las condiciones de dentro y fuera para estas variables (ver Anexos, Tabla. 2).

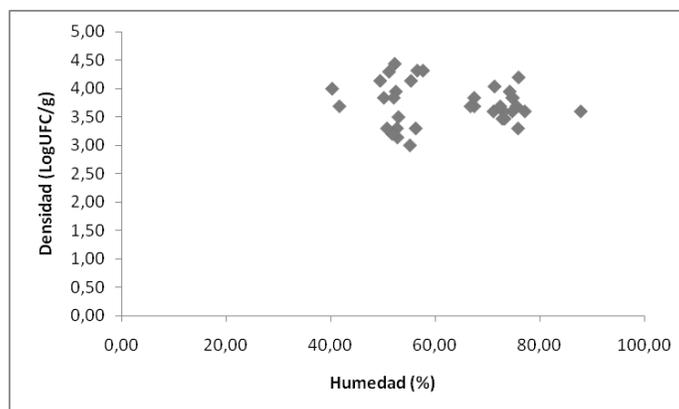


Figura 3. Relación de promedio \pm desviación estándar de la densidad de hongos antagonistas con el porcentaje de humedad del suelo

En cuanto a esto, según lo reportado por Infante *et al.* (2009) hay muchos factores fisicoquímicos que influyen y afectan los mecanismos de acción biocontroladora de los hongos antagonistas ya que tienen una relación entre ellos, pero estos no afectan ni tienen relación con la densidad ni el crecimiento de estos hongos. Esto explica el por qué ninguna de las variables fisicoquímicas evaluadas tuviera una relación positiva con la densidad de los hongos. Sólo la humedad en el medio rosa de bengala ($r= 0,40$, $P=0,01$) por la época climática, pero de igual forma no fue tan significativa, por lo que posiblemente no causo gran influencia sobre los hongos (ver Figura 3).

Aunque se encontró una relación positiva entre la densidad de hongos antagonistas y la humedad del suelo, esta fue una relación baja, lo que quiere decir que la humedad del suelo favorece la densidad de hongos, lo óptimo sería superior al 90%, la relación encontrada no fue muy alta, al no ser tan alto el porcentaje de humedad.

Adicionalmente al ser la relación positiva muestra que no hubo una saturación de agua que pudiera significar la disminución del oxígeno ni las consecuencias metabólicas provocadas por dicha disminución que es lo habitual cuando la humedad del suelo es demasiado alta y se produce un encharcamiento (Espinosa 2008).

Debido a esto es importante tener en cuenta el parámetro fisicoquímico de humedad, ya que los hongos pueden realizar su actividad y también crecer en porcentajes altos de humedad, pero al mismo tiempo si la humedad es muy alta, puede haber una saturación de agua, disminuyendo el contenido de aire y O_2 en el suelo, desarrollando un medio anaeróbico. En cuanto a esto, la mayor parte de los microorganismos son aerobios, incluidos los hongos antagonistas, por lo que en condiciones de saturación de agua el oxígeno disminuye y hay una interferencia en los procesos de

respiración, pero en este caso no ocurrió así, ya que la humedad no fue tan alta y tuvo una relación positiva con los hongos antagonistas (González 2004).

Por último en este estudio, se puede atribuir, solo a la humedad, el posible cambio leve sobre el crecimiento y actividad de mineralización de la materia orgánica en los hongos. Aunque, cuando el nivel del agua es bajo, los hongos lo toleran sin problema, y al mejorar la humedad del suelo se favorece el aumento en el número de hongos, pero en el extremo opuesto, la excesiva humedad impide la difusión del O₂ lo que inhibe su actividad de mineralización, aunque como se dijo anteriormente, este caso no se dio sino que al contrario, la humedad y los hongos antagonistas presentaron una relación positiva (Sánchez *et al.* 2007).

CONCLUSIONES

No hubo cambios en la densidad de hongos antagonistas por la instalación del dispositivo, ya que no se encontraron diferencias en esta entre dentro y fuera del mismo.

La riqueza de hongos antagonistas tampoco presentó diferencias entre dentro y fuera del dispositivo.

De las variables fisicoquímicas evaluadas en el estudio, la única que presentó una relación con la densidad de hongos antagonistas fue la humedad, la cual fue positiva, pero no hubo relación de la riqueza con ninguna de las variables fisicoquímicas medidas.

Los géneros de hongos antagonistas encontrados fueron *Paecilomyces* sp., *Trichoderma* sp. y *Lecanicillium* sp.

RECOMENDACIONES

Para este tipo de estudios se recomienda evaluar otros grupos funcionales de hongos diferentes a los como los hongos fitopatógenos, para tener en cuenta la actividad de estos en la zona y su interacción con los hongos antagonistas.

Adicionalmente se sugiere la utilización de otros métodos para la determinación de materia orgánica como el método de combustión húmeda de Walkley-Black, para tener resultados más exactos al determinar el porcentaje de materia orgánica.

También se recomienda llevar a cabo estudios donde se evalúe la actividad antagonista de los hongos, para verificar si esta está o no afectada por las condiciones de temperatura.

BIBLIOGRAFÍA

1. Andrades, M. 1996. Prácticas de Edafología y Climatología. Primera edición. Editorial La Rioja. Servicio de Publicaciones Universidad de la Rioja. Logroño, España. 80 p.
2. Alexander, M. 1980. Microbiología del suelo. Segunda edición. AGT Editores S.A. México. 40 p.

3. Alexopoulos, C., Mims, C., Blackwell, M. 1996. *Introductory Mycology*. 4th ed. John Wiley & Sons, INC. New York. 1-26p.
4. Arévalo, K., Andrades, C., Morales, E., Morales, N., Ortega, J., Briceño, B. 2006. El pH y la fuente nitrogenada como moduladores del crecimiento de la macrófita *Lemna* sp. *Revista de la facultad de Agronomía de La Universidad de Zulia. Venezuela*. 23(1).
5. Aronson, E., McNulty, S. 2009. Appropriate experimental ecosystem warming methods by ecosystem and practicality. *Agricultural and Forest Meteorology*. Philadelphia. 149:1791–1799.
6. Barnett, H., Hunter, B. 1987. *Illustrated genera of imperfect fungi*. Fourth edition. Macmillan Publishing Company. United States of America. 218p.
7. Batjes, N. 2005. Soil carbon stocks of Jordan and projected changes upon improved management of croplands. *Geoderma* 132:361-371.
8. Bettiol, W. 1991. *Seleção de microrganismos antagônicos a fitopatógenos*. In Bettiol W ed. *Controle Biológico de Doenças de plantas*. EMBRAPA-CNPDA. Brasília, Brasil. 388 p.
9. Benavente, K., Maubrouki, M., Himi, J., García, A., Calabrès, C. y Casas, A. 2005. Uso de técnicas geofísicas para caracterizar la extrusión de agua salina en un acuífero costero mediterráneo bicapa (Rio Velez, provincia de Malaga). *Geogaceta. Andalucía, España* 37:127-130.
10. Betaambiental. 2005. Plan de manejo Ambiental Indicativo para el Sistema Río Blanco. *Revista de Ingeniería de la Universidad de Los Andes* 22:61-75.
11. Boynton, D., Reuther, W. 1938. Seasonal variation of oxygen and carbon dioxide in three different orchard soils. *Am. Soc. Hort. Sci, Proc* 36:1-6.
12. Bran, D.; Ripoll, M.; Cingolani, A.; Anchorena, J. and López, C. 2002. *El diseño espacial de parches de vegetación en una estepa del Distrito Occidental, Pilcaniyeu, Río Negro*. En Resúmenes del taller de actualización sobre métodos de evaluación, monitoreo y recuperación de pastizales naturales patagónicos. IV Reunión del Grupo Regional Patagónico de Ecosistemas de Pastoreo. INTA-FAO-INIA. 56p.
13. Brower, J., Zar, J., Ende, C. 1998. *Field and Laboratory Methods for General Ecology*. Cuarta edición. Mc Graw Hill. Boston. 177-181p.
14. Burges, A., Raw, F. 1971. *Biología del suelo*. Ediciones Omega, S.A. Barcelona. 521p.
15. Cabrera, G., Crespo, G. 2001. *Influencia de la biota edáfica en la fertilidad de los suelos en ecosistemas pastizales*. *Revista Cubana de Ciencia Agrícola*. 35 (1):3-5.
16. Cárdenas, R. 2003. Alternativas forrajeras para clima frío en Colombia. Estrategias de la investigación en forrajes de tierra fría en Colombia y avances en la Universidad Nacional de Colombia. *Revista de Medicina Veterinaria y de Zootecnia*. Universidad Nacional de Colombia. Bogotá, Colombia. 20 – 24p.

17. Carrillo, L. 2003. Actividad microbiana en suelo. Microbiología Agrícola. Publicación Universidad Nacional de Salta. Facultad de ciencias agrarias UNJu. Salta, Argentina 10 (3):1-3.
18. Castellanos, C., Bonilla, M. 2011. Grupos funcionales de plantas con potencial uso para la restauración en bordes de avance de un bosque alto andino. Acta biología. Colombia 16:153-174.
19. Cavazos, T. 1992. Manual de prácticas de física de suelos. Editorial Trillas. México D.F., México. 63-65 p.
20. Chet, I., Baker, R. 1981. Isolation and Biocontrol Potential of *Trichoderma hamatum* from Soil Naturally Suppressive to *Rhizoctonia solani*. Ecology and Epidemiology 71:286-290.
21. Conferencia sobre el Cambio Climático. 2008. Cambio Climático: ¿el suelo puede cambiar las cosas?. Informe de la conferencia. Unión Europea. Bruselas.
22. Cooper, T. 1982. Learning center laboratory manual for soil science. University of Minnesota. Minnesota, United States of America. 10-17 p.
23. Correa, V. 2010. Defensa del territorio NASA frente a un parque nacional. Revista Luna Azul ISSN 1909-2474. Manizales, Colombia. 2p.
24. Díaz, S., Cabido, M. 2001. Vive la différence: plant functional diversity matters to ecosystem processes. Trends Ecol 11 (16):646-655.
25. Domsch, K., Gams, W. 1980. Compendium of soil fungi. Academic Press. London. England 1:859.
26. Escobar, P., Montealegre, J., Herrera, R. 2004. Respuesta in vitro de cepas de *Trichoderma harzianum* frente a Fe⁺³, salinidad, pH y temperatura con el fin de ser utilizadas en control biológico de *Rhizoctonia solani* y *Fusarium solani* en tomate. Boletín Micológico 9:95-102.
27. Espinosa, A. 2008. Afectará el cambio climático la diversidad de microorganismos. Universo. Publicación Semanal Xalapa, Universidad de Veracruz. México No. 302. <http://zapateando2.wordpress.com/2008/03/06/afectara-el-cambio-climatico-diversidad-de-microorganismos>. [Consultado: Junio 09 de 2001]
28. Faithfull, N. 2005. Métodos análisis químico agrícola. Manual Práctico. Editorial Acribia. Madrid, España. 82p.
29. Fernández, O. 2001. Microorganismos antagonistas para el control fitosanitario. Manejo Integrado de Plagas, Costa Rica 62:96-100.
30. FAO, 2010. Pastizales podrían mitigar CO₂. <http://www.fao.org/news/story/es/item/38943/icode/> [Consulta: 28 Mayo de 2011].

31. FAO, 2011. Combatir el cambio climático con los pastizales. <http://www.fao.org/news/story/es/item/38943/icode/> [Consulta: 28 Mayo de 2011].
32. Fassbender, H. 1987. Química de los suelos con énfasis en suelos de América Latina. Servicio Editorial IICA. Instituto Interamericano de Cooperación para la Agricultura. San José, Costa Rica. Capítulo 5.
33. Godoy, J., Valera, R., Guédez, C., Cañizalez, L., Castillo, C. 2007. Determinación de temperatura y humedad óptima para la germinación y esporulación de cinco aislamientos de *Beauveria bassiana*. Revista Facultad de Agronomía (LUZ). Universidad de los Andes 24: 415-425.
34. González, M., Gutiérrez, M., Wright, S. 2004. Hongos micorrízicos arbusculares en la agregación del suelo y su estabilidad. TERRA Latinoamericana 22 (4):507-514.
35. Guber, A., Rawls, W., Shein, E., Pachepsky, Y. 2003. Effect of soil aggregate size distribution on water retention. Soil Science 168: 223-233.
36. IGAC, 1993. Instituto Geográfico Agustín Codazzi. Características geográficas. Edición 1993. Ministerio de Hacienda y Crédito Público. Colombia. 125p.
37. INAP, 2009. Programa piloto nacional integrado de adaptación para ecosistemas de alta montaña, islas del caribe colombiano y salud humana (INAP). <http://www.cambioclimatico.gov.co/adaptacion-inap.html> [Consulta: 28 de Mayo de 2011].
38. Infante, D., Martínez, B., González, N. y Reyes, Y. 2009. Mecanismos de acción de Trichoderma frente a hongos fitopatógenos. Revista Protección Vegetal 24 (1):14-21.
39. Jacas, A. 2005. The Biological Control of Plagues and Diseases. Second edition. Edit, Medio ambiente. 115 p.
40. Kiirschbaum, M. 1995. The temperature dependence of soil organic matter decomposition and the effect of global warming on soil organic storage. Soil Biology and Biochemistry 27 (6):753-760.
41. Killham, K. 1994. Soil ecology. Cambridge University Press. Gran Bretaña. 33p.
42. La Manna, L., Buduba, C., Alonso, V., Davel, M., Puentes, C. y Irisarri, J. 2007. Comparación de métodos analíticos para la determinación de materia orgánica en suelos de la región andino-patagónica: efectos de la vegetación y el tipo de suelo. CI. Suelo 25 (2):179-188.
43. Lavorel, S., McIntyre, S., Landsberg, J, Forbes, T. 1997. Plant functional classifications: from general groups to specific groups based on response to disturbance. Trends Eco Evol 12:474-478.

44. Lilo 2000. Acidificación de suelos- Gestión y conservación de suelos y aguas. Universidad Rey Juan Carlos. <http://www.escet.urjc.es/~jlillo/Acidificacion.pdf>. [Consulta: Junio 9 de 2011].
45. Lynch, J., Hobie, J. 1988. *Microorganisms in action: concepts and applications in Microbial ecology*. Blackwell Scientific Publications, Inglaterra. 22p.
46. Magurran, A. 2004. *Measuring Biological Diversity*. Blackwell Publishing. 72-78p.
47. Mahecha, L. 2002. El silvopastoreo: una alternativa de producción que disminuye el impacto ambiental de la ganadería bovina. *Revista Colombiana de Ciencias Pecuarias* 15 (2):26- 231.
48. Maneyro, R. *Ecología general*. 2005. *Tecnicatura en gestión de recursos naturales. Sección Zoología de Vertebrados*. Facultad de Ciencias. Universidad de la República. Montevideo, Uruguay. 16-17p.
49. Matus, F., Mire, C. 2000. Relación entre la materia orgánica del suelo, textura del suelo y tasas de mineralización de carbono y nitrógeno. *Agricultura Técnica* 60(2):15.
50. Mora, J. 2006. La actividad microbiana: Un indicador integral de la calidad del suelo. Trabajo experimental desarrollado para un Seminario Académico del Programa de Biología del suelo, Doctorado en Ciencias Agropecuarias. Universidad Nacional de Colombia. Palmira, Colombia. 6p.
51. National Bureau of Standards. 1986. *Standard Reference Material Catalog. Special Publication 260*. Maryland. Estados Unidos. 23-25p.
52. Noble, I., Slatyer, R. 1980. The use of vital attributes to predict successional changes in plant communities subject to recurrent disturbances. *Vegetation* 43:5-21.
53. Norambuena, P., Luzio, W., Vera, W. 2002. Comparación entre los métodos de la pipeta y Bouyoucos y su relación con la retención de agua en ocho suelos de la zona altiplánica de la provincia de parinacota. *Agricultura técnica* 62:150-157.
54. Ortiz, M. Alatorre, R. Valdivia, R. 2011. Efecto de la temperatura y humedad relativa sobre el desarrollo de los hongos entomopatógenos. *Revista Biociencias* 1(2):42-53.
55. Parkinson, D., Coleman, D., 1991. Microbial communities, activity and biomass. *Agriculture, Ecosystems and Environment* 34:3-33.
56. Pikul, J. 2003. Soil water gravimetric measurement of soil water. In Stewart, *Encyclopedia of water Science*. New York, United States. 879-881p.
57. Plan de Ordenamiento Territorial del Municipio de La Calera, Cundinamarca 1999. POT. Acuerdo Municipal 043. Consorcio Consultoría S.A.
58. Pommerville, J. 2004. *Alcamo's Fundamentals of Microbiology*. Jones and Bartlett Publishers. Massachusetts, Estados Unidos. 121, 556-561p.

59. Ramos, J. 2004. Técnicas de muestreo para manejadores de recursos naturales. Microorganismos del suelo. Primera edición. Universidad Nacional Autónoma de México. México. 186-191p.
60. Rabón, W. 2001. Desarrollo de un manejo integrado de *Botrytis cinerea* en lechuga lisa (*Láctuca sativa*) bajo condiciones de invernadero en la sabana de Bogotá. Universidad Nacional de Colombia, Bogotá. Revista Facultad de Agronomía 9:36-43.
61. Riveros, A. 2010. Inducción de resistencia en plantas Interacción: Planta-Patógeno. Instituto interamericano de cooperación para la Agricultura (IICA). 155p.
62. Ritz, K., Dighton, J. and Giller, K. 1994: Beyond the biomass. British Society of soil Science and Sayce Publishing. United Kingdom. 271 p.
63. Römbke, J., Sousa, J., Schoutenc, T. and Riepert, F. 2006. Monitoring of soil organisms: a set of standardized field methods proposed by ISO. European Journal of Soil Biology 42:S61-S64.
64. Sánchez, J. 2007. Los hongos fundamentales en la productividad del suelo. Proyecto 2.7. Laboratorio de Microbiología ambiental. Instituto de Investigaciones Químico-Biológicas. Investigación Científica de la UMSNH. México. 5p.
65. Sánchez, M. 1998. Sistemas agroforestales para intensificar de manera sostenible la producción animal en América Latina Tropical. En: Memorias de la conferencia electrónica sobre agroforestería para la producción animal en América Latina, realizada de abril a septiembre de 1998. CIPAV-FAO. 1-13.
66. Secretaria Distrital de Ambiente, DAMA. 2003. Caracterización ecológica de los suelos. Componente biofísico. Tomo 1. Corporación SUNA HISCA suelos. Bogotá, Colombia. 268-333p.
67. Schindlbacher, A., Rodler, A., Kuffner, M., Kitzler, B., Sessitsch, A. and Zechmeister, S. 2011. Experimental warming effects on the microbial community. Soil Biology & Biochemistry of a temperate mountain forest soil 30:1-9.
68. Scholter, M. 2003. Indicators for evaluating soil quality. Agriculture. Ecosystems & environment. 255-262 p.
69. SINAP. 2010. Sistema Nacional de Áreas Protegidas. <http://www.parquesnacionales.gov.co/PNN>. [Consulta: 28 de Mayo de 2011].
70. Soto, B., Osorio, A., Muñoz, M., Galindo, R. 2002. El uso de *Trichoderma harzianum* como agente mejorador de plantas ornamentales. Métodos de investigación. Colegio Marymount. Cuernavaca 12:1-4.
71. Society for Ecological Restoration International. D.C. <http://www.ser.org/about.asp>. [Consulta: 26 de Mayo de 2011].

72. Stenberg, B. 1999. Monitoring soil quality of arable land microbiological indicators. *Acta Agriculture Scandinavica sect B. Soil and plant Science* 49:1-24
73. Steneck, R., Dethier, M. 1994. A functional group approach to the structure of algal-dominated communities. *Oikos* 3:476-498.
74. Steubing, L. Godoy, M. 2002. Métodos de ecología vegetal. Editorial Universitaria Santiago de Chile. Chile. 115 p.
75. Suárez, C., Fernández R., Valero, N., Gómez, R. Páez, A. 2008. Antagonismo *in vitro* de *Trichoderma harzianum* Rifai sobre *Fusarium solani*, asociado a la marchitez en maracuyá. *Revista Colombiana de Biotecnología* 10(2):35-43.
76. Tilman, D., Krops, J., Wedin, D., Reich, P., Ritchie, M., Siemann, E. 1997. The influence of functional diversity and composition on ecosystem processes. *Science* 277:1300-1302.
77. Torrez, M., Lizarazo, L. 2006. Evaluación de grupos funcionales (ciclo del C,N,P) y actividad de la fosfatasa acida en dos suelos agrícolas del departamento de (Boyacá). *Agronomía Colombiana* 24(2): 317-325.
78. Trigos, A., Mendoza, G., Luna, M., Heredia, G., Arias, R. 2005. Evaluación antibacteriana de hongos microscópicos del suelo y restos vegetales. *Revista Mexicana de Micología. Veracruz* 20:89-92.
79. USDA. 1999. Guía para la Evaluación de la Calidad y Salud del Suelo. Natural Resources Conservation Service, Soil Science Society of America. Washington, United States. 82 p.
80. Varela, A., Ferial, L. 2004. Comparación de la actividad microbiana de hojarasca entre un fragmento y un área continúa de bosque nublado del sector occidental de la Sabana de Bogotá. *Universitas Scientiarum* 9:47-58.
81. Velasco, J., Camargo, J., Ibrahim, M. y Andrade, H. 1998. Mejoramiento del suelo por *Acacia mangium* en un sistema silvopastoril con *B. humidicola*. En: Memorias VI Seminario Internacional sobre sistemas agropecuarios sostenibles. 28-30 de Octubre 1999. Realizado por la Fundación CIPAV y LA FAO. Cali, Colombia.
82. Vera, D., Pérez, H., Valencia, H. 2002. Distribución de hongos solubilizadores de fosfatos en dos microhábitats de suelo de dos unidades fisiográficas de Guaviare, Colombia. *Acta Biológica Colombiana. Colombia. Vol .7. No 1.*
83. Wardle, A., Zackrisson, J., Hörnberg, G. y Gallet, C. 1997. The influence of island area on ecosystem properties. *Science*. 277:1296-1299.
84. Wardle, D., Bonner, K., Barker, G. 2000. Stability of ecosystem properties in response to above-ground functional group richness and composition. *Oikos*. 89:11-23.
85. Wilhm, J. 1975. Biological indicators of pollution. *River Ecology*. Blackwell Sci. Publ., Oxford: 725 p.

86. Woodward, F. 1996. Climate and plant distribution. Cambridge University Press. Cambridge, U.S.A. 188p

ANEXOS

- **Tabla 1. Resultados de la prueba *t*-student para las variables fisicoquímicas evaluadas en las condiciones dentro y fuera del dispositivo de policarbonato.**

	Prueba <i>t</i>	
	<i>t</i>	<i>P</i>
pH	0,71	0,47
Materia Orgánica (%)	0,41	0,68
Humedad (%)	0,31	0,75
Temperatura (°C)	-0,27	0,78
Conductividad eléctrica (ds/m)	1,70	0,09
Agregados 1.180 µm (%)	-0,05	0,95
Agregados 600µm (%)	-1,10	0,27
Agregados 300µm (%)	0,27	0,78
Agregados 53µm (%)	0,05	0,96
Agregados <53µm (%)	0,94	0,65
Densidad Medio Rosa de Bengala (Log UFC/g)	1,70	0,10
Densidad Medio PDA (Log UFC/g)	-0,75	0,45

- **Tabla 2. Resultados de la prueba de correlación de Pearson para densidad de hongos antagonistas en relación con las variables fisicoquímicas evaluadas para dos medios de cultivo.**

	Agar Rosa de Bengala			Medio APD		
	<i>r</i>	<i>P</i>	<i>n</i>	<i>r</i>	<i>P</i>	<i>n</i>
pH	0,12	0,46	36	0,09	0,57	36
Materia Orgánica (%)	0,11	0,50	36	-0,12	0,47	36
Humedad	0,40	0,01	36	0,11	0,51	36
Temperatura (°C)	0,31	0,06	36	-0,00	0,98	36
Conductividad eléctrica (ds/m)	-0,06	0,69	36	-0,19	0,24	36
Agregados 1.180 µm (%)	-0,25	0,13	36	0,29	0,07	36
Agregados 600µm (%)	-0,12	0,46	36	-0,08	0,62	36
Agregados 300µm (%)	0,23	0,16	36	0,96	0,96	36
Agregados 53µm (%)	0,29	0,08	36	-0,27	0,10	36
Agregados <53µm (%)	0,20	0,23	36	-0,52	0,12	36

- **Tabla 3. Resultados de la prueba de correlación de Pearson para riqueza de hongos antagonistas con las variables fisicoquímicas evaluadas.**

	Riqueza de hongos antagonistas		
	<i>r</i>	<i>P</i>	n
pH	-0,21	0,39	18
Materia Orgánica (%)	0,21	0,38	18
Humedad	0,13	0,58	18
Temperatura (°C)	0,07	0,77	18
Conductividad eléctrica (ds/m)	0,11	0,49	18
Agregados 1.180 μm (%)	-0,23	0,34	18
Agregados 600μm (%)	0,08	0,73	18
Agregados 300μm (%)	0,03	0,9	18
Agregados 53μm (%)	0,27	0,27	18
Agregados <53μm (%)	0,09	0,7	18